©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

Nachr. entomol. Ver. Apollo, Frankfurt, N.F. 11 (4): 257–270 – Januar 1991 257
ISSN 0723–9912

Hinweise zur Zucht von *Graellsia isabellae* (GRAELLS 1849) (Lepidoptera: Saturniidae)

von

Matthias SANETRA und Wolfgang PEUKER

Zusammenfassung: Die Beobachtungen und Schwierigkeiten der über eine Dauer von drei Jahren durchgeführten Zuchten von *Graellsia isabellae* (GRAELLS 1849) werden dargestellt sowie einige Zuchtmethoden beschrieben, insbesondere die Handpaarung der genannten Art. Während der Zucht aufgetretene Schwierigkeiten werden diskutiert.

The breeding in captivity of *Graellsia isabellae* (GRAELLS 1849)

Abstract: The observations and difficulties of three years breeding of *Graellsia isabellae* (GRAELLS 1849) are represented. Moreover some breeding methods are desribed, especially the handmating of the mentioned species. The difficulties which occured during breeding are discussed.

Einleitung

Im Jahre 1849 wurde ein kurz zuvor in den Kiefernwäldern der iberischen Halbinsel entdeckter Falter beschrieben. Der Erstbeschreibung durch GRAELLS folgten dann vier weitere Beschreibungen auf subspezifischer Ebene, welche z. B. von ROUGEOT & VIETTE (1983) aufgeführt werden. Die Biologie und Autökologie dieses endemischen Spinners wurde dann verständlicherweise hauptsächlich von spanischen Entomologen untersucht (z. B. BALCELLS & DICENTA 1963, ALVAREZ & TEMPLADO 1977), allerdings auch von einem deutschen (MARTEN 1955). Erst in den 80er Jahren gelangte verstärkt Zuchtmaterial dieser Art nach Mitteleuropa. Daher wurde die Art zunächst bei FRIEDRICH (1975)

Eingang: 5. xi. 1989, Nachtrag: 6. vii. 1990

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

in seinem Handbuch der Schmetterlingszucht nicht erwähnt, und erst in der überarbeiteten Neuauflage (FRIEDRICH 1983) finden sich einige Hinweise zur Zucht dieser Pfauenspinnerart in der Gefangenschaft.

In der folgenden Arbeit sollen Beobachtungen und Schwierigkeiten bei der Zucht sowie mögliche Zuchtmethoden dargestellt werden. Verzichtet wird aber bewußt auf die morphologische Beschreibung der Präimaginalstadien, diesbezüglich sei z. B. auf ALVAREZ & TEMPLADO (1977) sowie die Abbildungen verwiesen.

Material

Ausgangspunkt der über eine Dauer von drei Jahren durchgeführten Zuchten waren Tiere aus der Sierra de Segura in der spanischen Provinz Jaen, dem Typenfundort von *Graellsia isabellae ceballosi* GOMEZ BUSTILLO & FERN. RUBIO 1974. Der Zuchtstamm bestand im Frühling 1990 zum Zeitpunkt des Manuskriptnachtrags weiter fort.

Freiwillige und künstliche Paarung

Die Geschlechterfindung erfolgt, wie innerhalb der Saturniidae üblich, mittels Sexuallockstoffen (Pheromonen). Hierfür sind die ♂♂ mit einer

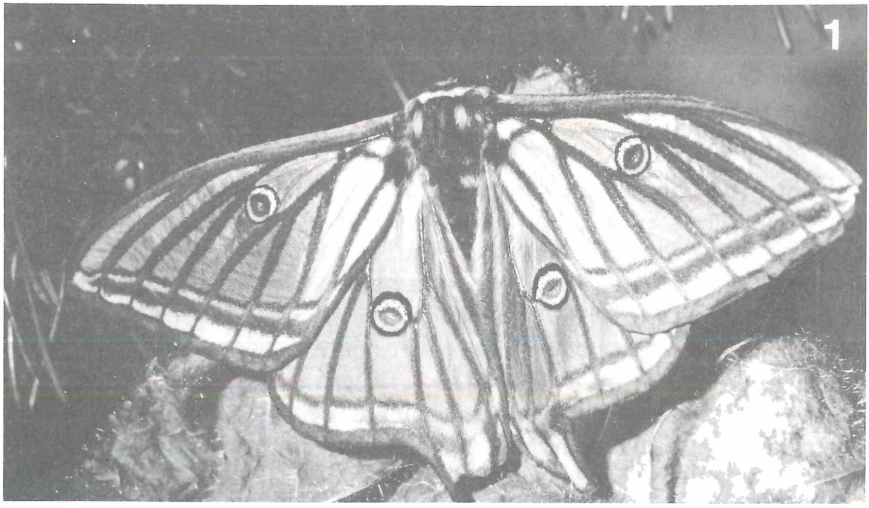


Abb. 1: Weibchen von *G. isabellae*.

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

großen Anzahl von Riechsensillen ausgestattet, die als Geruchsorgane dienen und alle stets auf den Antennen lokalisiert sind. Während des nur kurzen, etwa einwöchigen Lebens der Imagines ist die Paarungsbereitschaft, vor allem die der ♀♀, eng mit dem Lebensalter korreliert. Die ♂♂ sind schon vom Tag des Schlüpfens an uneingeschränkt kopulationsbereit; dies konnte anhand einer freiwilligen Paarung dokumentiert werden. Für freiwillige Paarungsversuche sind die ♂♂ oft aber nur drei bis vier Tage lang verwendbar, da sie sich durch ihren ungestümen Flug Schäden an Antennen und Extremitäten (Tarsenklauenverluste, wodurch sie sich nicht mehr festhalten können!), weniger an den Flügeln, zuziehen, die zu deutlichen Funktionsbeeinträchtigungen bei der Partnersuche führen.

Die ♀♀ dagegen zeigen nur vom ersten bis maximal dritten Tag nach dem Schlüpfen Kopulationsbereitschaft. In der ersten funktionellen Lebensphase des ♀-Tieres steht das Anlocken der ♂♂ durch Pheromonabgabe bei gleichzeitiger Paarungsbereitschaft im Vordergrund. Danach setzt individuell etwas variierend die Eiablagetätigkeit ein, unabhängig davon, ob eine Kopula stattgefunden hat oder nicht. Der Eintritt in diese zweite funktionelle Phase geht mit einer Abnahme der Kopulationsbereitschaft einher. Diese Abhängigkeiten sind für das Erreichen einer Kopula von Bedeutung, auch im Hinblick auf die künstliche Paarung.

Minimale Voraussetzung für das Erreichen einer freiwilligen Paarung sind also das Vorhandensein eines lockenden ♀ sowie mindestens eines ♂ in noch gutem Zustand. Ein geräumiger Flugraum im Freien bei geeigneten Witterungsbedingungen (ca. 15 °C, leichte Windbewegung, kein Regen), mit einem frisch geschlüpften Pärchen besetzt, ergab z. B. am 22. v. 1989 um 22.45 Uhr MESZ die erwünschte Paarung. Das erfolgreiche Orten des ♀ durch das ♂ funktioniert innerhalb geschlossener Räume nach unseren Erfahrungen nicht.

Die Probleme, geeignete Bedingungen immer an den in Frage kommenden Abenden zu schaffen, liegen auf der Hand. So ist es nicht verwunderlich, daß man sich auch bei Spinnern über alternative Paarungsmethoden Gedanken gemacht hat. Für *G. isabellae* und sicher auch für andere Vertreter der Saturniidae bietet sich innerhalb der künstlichen Paarungsmethoden die im folgenden beschriebene Handpaarung an. Die Vorgehensweise ist von einigen Abwandlungen abgesehen sehr ähnlich den bei Tagfaltern angewandten Methoden zur Handpaarung (FRIEDRICH 1975, WEIDEMANN 1983).

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

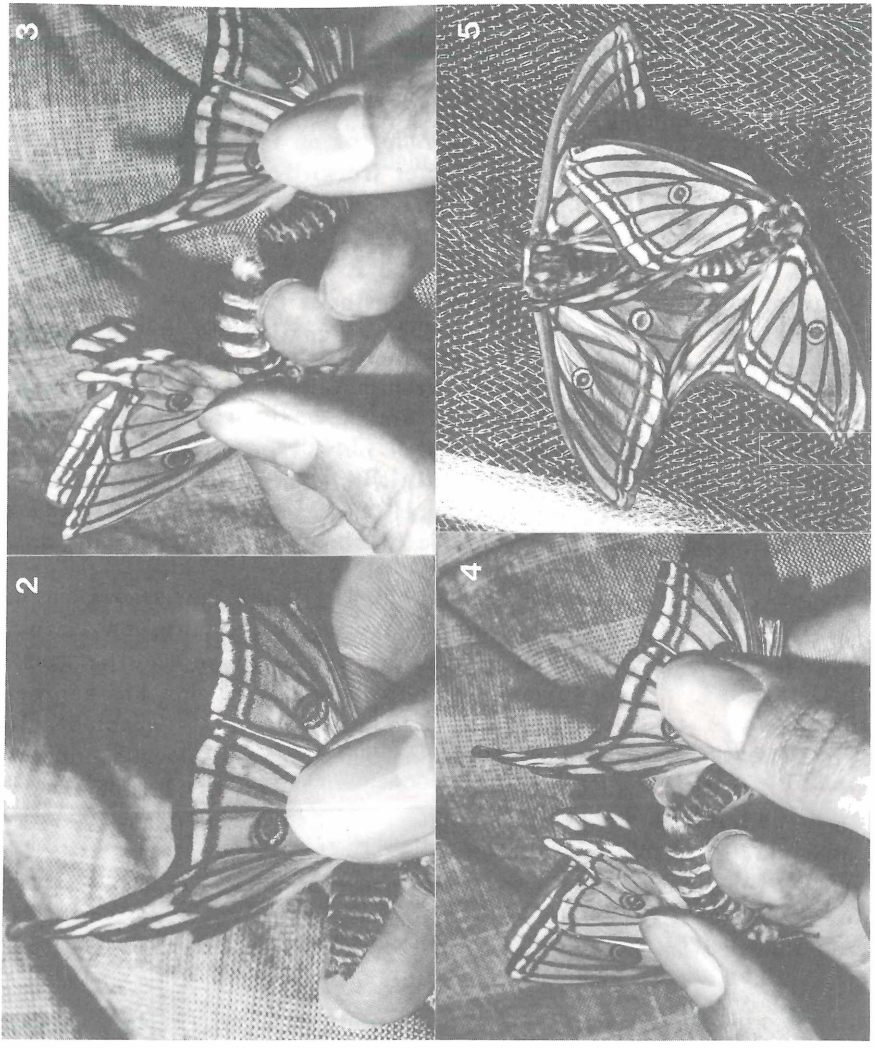


Abb. 2-4 (Fotos Andrea HUBER): Handpaarung (Erläuterung im Text). **Abb. 5:** Kopula.

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

Man faßt die Falter an den Flügelwurzeln zwischen Daumen und Zeigefinger so, daß sie die Möglichkeit haben, sich mit den Beinen am Mittelfinger festzuhalten. Hält man die Tiere dagegen am Thorax, so werden sie zunehmend bewegungslos. Die selbständigen abdominalen Bewegungen der Tiere sind aber gerade für das Erzielen einer Paarung von *G. isabellae* wichtig. Das Festkrallen am Finger gewährleistet eine gewisse Ruhe der Tiere und erleichtert auf diese Weise deren Handhabung. Außerdem werden die Bewegungen der Tiere stärker auf das Abdomen und weniger auf die Extremitäten konzentriert. Die Genitalien des ♂ werden nun mit dem Fingernagel stimuliert, bis es die Valven öffnet und den Hinterleib unter Suchbewegungen in die Länge streckt (Abb. 2). Das ♀ streckt ebenfalls das Abdomen in die Länge, wenn es das herannahende ♂ registriert (Abb. 3). Die Genitalien der Tiere werden nun zusammengeführt, und in den meisten Fällen ist daraufhin das Eingehen der Kopula problemlos (Abb. 4).

Man kann in diesem Fall eigentlich nicht von einer regelrechten Zwangspaarung sprechen, da die Manipulationen seitens des Züchters verhältnismäßig gering bleiben (Tiere in geeignetem Lebensalter vorausgesetzt). Hier treten Schwierigkeiten meist nur dann auf, wenn das ♂ keine Suchbewegungen durchführt und/oder Deformationen der Genitalien vorliegen.

Besonders hervorzuheben ist die Rolle des ♀-Tieres beim Eingehen der Paarung. Die Streckung des Abdomens, bei der die unbehaarten Intersegmentalhäute deutlich hervortreten, ermöglicht erst dem ♂ den Zugang und die folgende Verankerung an der Genitalplatte des ♀. Ohne dessen Paarungsbereitschaft ist also auch die Handpaarung undenkbar. Selbst bei einigermaßen synchron schlüpfenden Tieren und unter Anwendung von Handpaarung kommt es häufig vor, daß es nur einen Tag gibt, an dem die Paarung sinnvollerweise durchgeführt werden kann. Ein Kühlstellen der ♂♂ und auch der ♀♀ bringt in der Regel keine großen Vorteile, da die Tiere auch bei tiefen Temperaturen noch recht aktiv sind. Die Paarungsdauer betrug bei allen beobachteten Paaren zwischen 60 und 90 Minuten.

Eiablage und Schlupf der Jungraupen

In der Natur werden die Eier auf die Borke der Stämme oder die dicken Äste der Kiefern abgelegt (ALVAREZ & TEMPLADO 1977). Dagegen erfolgte die Ablage der Eier unter Zuchtbedingungen an die Gaze oder die Holzteile des Flugkastens, selten nur an bereitgestellte Kie-

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

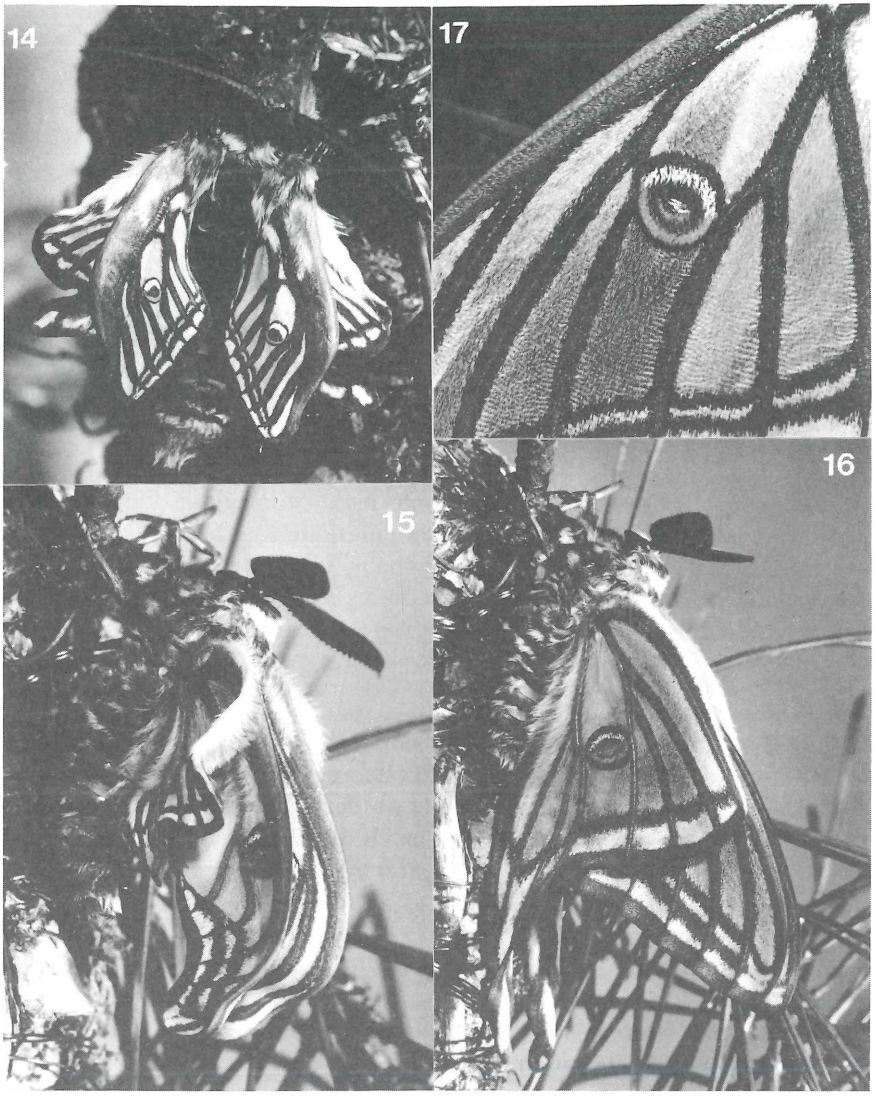


Abb. 14–16: Flügelentfaltung eines Männchens. **Abb. 17:** Ausschnitt aus dem Vorderflügel.

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

fernzweige. Ohne Probleme gelang die Ablage auch in Papp- oder Styroporschachteln. Das Einsetzen der Eiablage erfolgte oft noch in derselben Nacht, in der die Paarung stattgefunden hatte, oder aber in den darauffolgenden Nächten. Die Zahl der erhaltenen Eier lag pro ♀ zwischen 70 und 130 Stück. Sie wurden von der Unterlage vorsichtig abgelöst und auf etwas feucht gehaltenem Saugpapier gelagert. Bei Temperaturen von 18—20 °C schlüpften die Raupen nach ca. 14 Tagen. In allen durchgeführten Zuchten war die Schlupfquote stark schwankend und lag oft unter 50 %. Es konnte beobachtet werden, daß die Räupchen teilweise fertig entwickelt im Ei abgestorben waren.

Raupenaufzucht

Die Raupe der *G. isabellae* lebt in den Kiefernarealen Spaniens meist auf *Pinus sylvestris*, in der Sierra de Segura in einer Höhe von 1300—1380 m findet man sie auch auf *Pinus nigra* (ALVAREZ & TEMPLADO 1977). ROUGEOT & VIETTE (1983) nennen als Futterpflanze der Raupe für die Subspezies *ceballosi Pinus laricio*, wobei dieses Kiefernntaxon ein Synonym zu *P. nigra* ist.

Zur Zucht wurde die in Parks und Hausgärten wachsende Österreichische Schwarzkiefer *Pinus nigra nigra* sowie die Bergkiefer *Pinus mugo* verwendet. In längeren Zuchterfahrungen erwies es sich als schwierig, die Jungraupen zur Aufnahme des ersten Futters zu bewegen. Sie zeigten einen ausgeprägten Drang umherzulaufen, um dann teilweise ohne Futteraufnahme zu verenden. Durch Dunkelstellen der Zuchtbehälter ließen sie sich weitgehend zur Ruhe mit anschließender Futteraufnahme bringen, wodurch sich die starken Verluste verringerten. Dahingegen bewirkte eine Anheftung der Eier an die Kiefernnadeln mittels Hühnereiweiß keine beschleunigte Futterannahme.

Die Tiere bevorzugten es, jeweils einzeln auf den Nadeln zu sitzen. Insofern tragen geringe Stückzahlen pro Behälter dazu bei, den Isolierungsbestrebungen der Tiere Rechnung zu tragen. Ferner ist eine hohe Luftfeuchtigkeit in den Behältern (Gläser, Plastikdosen) für die Jungraupen von Vorteil.

Nach der ersten Häutung sitzen die Raupen während der Freßpausen auf der Rinde der Kiefernzweige und sind beim Futterwechsel leicht zu übersehen. Es bietet sich daher an, sie von selbst auf frisches Futter überwechseln zu lassen.

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

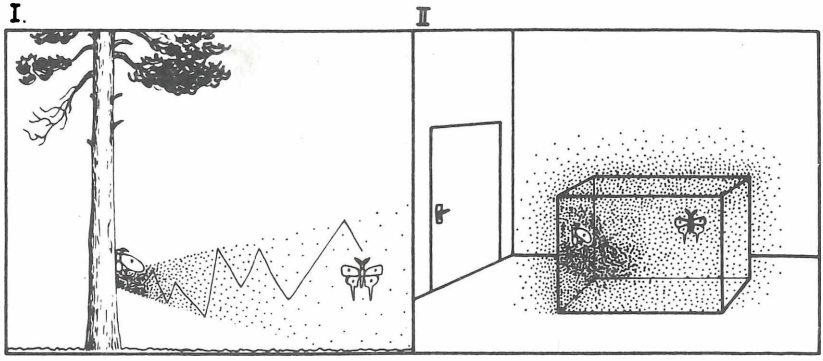


Abb. 18 (Zeichnung Claudia SANETRA): Skizze zur Ausbreitung des ♀-Pheromons im Freiland und in geschlossenen Räumen. Punkte mit großem Abstand: niedrige Pheromonkonzentration; Punkte dicht an dicht: hohe Pheromonkonzentration. Abb. 18/I: Anflug im Freiland entlang des Konzentrationsgradienten. Abb. 18/II: vergleichbare Situation innerhalb eines geschlossenen Raumes; der Gradient ist viel geringer und erschwert einen gezielten Anflug.

Nach der dritten Häutung kamen die Raupen in einen luftigen Gazekasten, da sie dann hohe Luftfeuchtigkeit nicht mehr vertragen. Die Kiefernäste kann man in nassen Sand stecken, wo sie gut 8—10 Tage frisch bleiben.

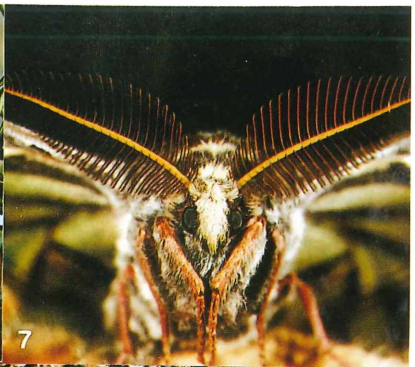
Die Raupen erlangen bei Temperaturen von 20—25 °C nach etwa 4—6 Wochen die Verpuppungsreife. Hierzu benötigen sie vier Häutungen.

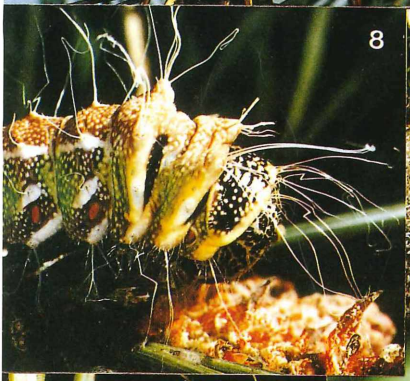
Nachtrag und Ergänzung Sommer 1990: Nach neueren Erkenntnissen verbessert sich die Schlupfquote der Eier erheblich, wenn man diese an dem festen Eiablagesubstrat (z. B. in einer Schachtel) beläßt und unter etwas erhöhter Luftfeuchte hält. Schlüpfende Raupen setzt man am besten von Hand ins Zuchtgefäß um. Die Raupen beginnen dann bei hoher Luftfeuchtigkeit, die man durch Wärme erzeugt (die Gläser müssen beschlagen sein), meist problemlos mit der Nahrungsaufnahme.

Farbtafel: Abb. 6: Männchen von *G. isabellae*. **Abb. 7:** Antennen eines männlichen Tieres. **Abb. 8—13:** Präimaginalstadien von *G. isabellae*. **Abb. 8:** Kopfbereich der Raupe zu Beginn des letzten Larvenstadiums. **Abb. 9:** Männliche Puppe im aufgeschnittenen Kokon. **Abb. 10:** Raupe im ersten Larvenstadium. **Abb. 11:** Eier. **Abb. 12:** Raupe im dritten Larvenstadium. **Abb. 13:** Erwachsene Raupe beim typischen Verzehr einer Kiefernnadel.

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

6


7


8

9

10

11

12

13

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

Verpuppung, Überwinterung und Synchronisation des Falterschlupfes

Nach ALVAREZ & TEMPLADO (1977) gräbt sich die Raupe in der Natur zur Verpuppung unter dicke Moosschichten oder einige Zentimeter in moosbedeckte Erde, wo sie sich einen festen Kokon aus weißer Seide spinnt, der im Kontakt mit Wasser oder Feuchtigkeit in wenigen Minuten braun wird.

Man kann den Raupen, ihrer natürlichen Lebensweise entsprechend, zur Verpuppung einen Behälter mit Moos bereitstellen. Da es in unseren Zuchten manchmal der Fall war, daß eine größere Anzahl verpuppungswilliger Raupen untergebracht werden mußten, steckten wir sie einzeln in Brottüten, wo sie sich bereitwillig in Kokons einspannen. Setzt man die Tiere in Pappschachteln, so muß man etwas weiches Papier zugeben, damit die Tiere sich einspinnen. Finden sie keine geeignete Stelle zum Einspinnen, so bleiben sie ohne Kokon auf dem Schachtelboden liegen, verpuppen sich aber trotzdem meist ohne Schwierigkeiten.

Die Puppen wurden vom Sommer bis zum Herbst in einem kühlen Raum gelagert und dann der Winterkälte ausgesetzt. Ein Besprühen der Puppen mit Wasser ist bei Aufbewahrung im Freiland nicht nötig, da hier die Luftfeuchtigkeit ausreicht. Nach unseren Erfahrungen vertragen die Puppen tiefere Minusgrade sehr gut und brauchen nicht frostfrei, wie bei FRIEDRICH (1983) zu lesen ist, gelagert werden. Nach ALVAREZ & TEMPLADO (1977) müssen die Puppen der Winterkälte ausgesetzt sein und im Labor in eine Kältekammer gebracht werden.

Im Puppenstadium kann man die ♂♂ von den ♀♀ schon gut unterscheiden, da bei ersteren die Anlagen der Fühler viel breiter sind. Deshalb wurden sämtliche Puppen aus den Kokons entnommen, um das Verhältnis der Geschlechter zueinander für die Weiterzucht in Erfahrung zu bringen. Andernfalls ist eine Synchronisation des Falterschlupfes nicht denkbar und somit das Erreichen einer Kopula entsprechend unwahrscheinlich.

Die Falter schlüpfen in der Natur aus den Kokons frühmorgens wegen der großen Luftfeuchtigkeit leichter (ALVAREZ & TEMPLADO 1977). Auch nach unseren Beobachtungen schlüpfen die Tiere vorzugsweise in den Vormittagsstunden. Eine Beeinträchtigung bezüglich der Flügelentwicklung von Faltern, die den Kokons entnommenen Puppen entschlüpften, konnte nicht festgestellt werden.

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

Die im Freiland gelagerten Puppen schlüpften im recht warmen Frühjahr 1989 etwa Anfang Mai. Man kann aber die Puppen bereits im Februar warm stellen; sie entwickeln sich dann bei Temperaturen von 18—20 °C in ca. drei bis vier Wochen zum fertigen Falter. Bei Aufbewahrung im Zimmer ist allerdings ein zeitweises Besprühen der Puppen mit Wasser nötig. Oft zieht sich das Schlüpfen über einen längeren Zeitraum hin, und manche Puppe überliegt auch bis zum nächsten Jahr.

Das Schlüpfen der Falter läßt sich auch im Kühlschrank verzögern. Man hat durch diese Variationen die Möglichkeit, den Schlupf der Tiere, wenn man über eine hohe Anzahl von Puppen verfügt, im Jahresverlauf in drei Portionen zu splitten. Wir gingen häufig so vor, um extreme Massenzuchten zu vermeiden (z. B. je 10—20 Tiere Anfang März, im April und im Mai).

Wenn die Falterentwicklung einsetzt, färben sich die Flügelscheiden zunächst hell, dann pigmentieren die Flügeladern. In den häufigsten Fällen entwickeln sich die ♂♂ etwas schneller. Auch wenn der Grad der Einfärbung bei einem ♂- und einem ♀-Tier einander zu entsprechen scheint, so schlüpft das ♂ doch noch ein bis zwei Tage früher. Dies bereitet aber in der Regel noch keine Probleme. Man sollte aber auf jeden Fall stark pigmentierte ♂♂ Puppen kühl stellen, wenn die ♀♀ Puppen erst schwach eingefärbt haben. Dies ist am besten so abzustimmen, daß man immer mindestens ein Pärchen im richtigen Lebensalter für eine Kopula zur Hand hat.

Allgemeine Schlußbemerkungen

Es versteht sich von selbst, daß die vorangegangenen Ausführungen nur pauschale Hinweise sein können, um die Zucht von *G. isabellae* in der Gefangenschaft zu ermöglichen. Insbesondere sei darauf hingewiesen, daß sich jede Population anderer Herkunft im Hinblick auf ihre Lebensweise und Anpassung potentiell von der betrachteten Population unterscheiden kann. Beobachtungseinheit sollte daher am besten die Population sein und nicht die Kategorie Art oder Unterart.
Unserer Ansicht nach ist es langfristig gesehen für einen Zuchtstamm von Vorteil, auf einer möglichst breiten Basis von Elterntieren zu arbeiten, anstatt diese nach menschlichem Ermessen in "gute" und "schlechte" Zuchttiere zu trennen und auszuwählen. Bringt man in jeder Generation viele Tiere in die Zucht ein, so bleibt die genetische Vielfalt des Stammes länger erhalten. Tiere, die nicht lebensfähig

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

oder krankeitsanfällig sind, selektieren sich auch in der Zucht heraus. So ist es besser, man erhält je 10 Puppen von fünf verschiedenen ♀♀ als 50 Puppen vom kräftigsten Tier. Dieser Ansatz ist zwar mit etwas mehr Arbeit verbunden, scheint aber eine Möglichkeit zu bieten, Zuchtstämme unter Inzuchtbedingungen lange aufrechtzuerhalten. Arbeitet man in jeder Generation nur mit ein bis zwei Pärchen, und seien es auch die größten und schönsten, so tritt im Laufe der Jahre eine zunehmend ansteigende genetische Ähnlichkeit der Tiere auf, was dann zur Inzuchtdepression führen kann. Das Hervortreten sich negativ auswirkender Merkmalsausprägungen (homozygot rezessiver Letalfaktoren) kann dann zum Verlust der ganzen Zucht führen.

Das Einkreuzen von Freilandtieren aus der gleichen oder einer benachbarten Population ist aber prinzipiell in allen Fällen zu befürworten, um dem Entstehen einer unter Zuchtbedingungen gewachsenen Rasse entgegenzuwirken.

Diskussion

Das Ausbleiben einer freiwilligen Paarung innerhalb geschlossener Räume ließe sich mit folgender Theorie erklären:

Normalerweise folgt das ♂ im Freien bei seinem Zickzackflug einem Pheromongradienten. Durch die Wahrnehmung verschiedener Konzentrationen an unterschiedlichen Orten wird das Auffinden des ♀ gewährleistet. Innerhalb geschlossener Räume aber ist die Pheromonkonzentration permanent hoch, so daß dem ♂ eine derartige Lokalisierung des ♀ nicht möglich ist. Ferner könnte hier die Konzentration so hoch sein, daß das Feststellen von Gradienten nicht mehr im Sensibilitätsbereich der empfindlichen Antennen liegt.

Fraglich bleibt allerdings, warum manche Arten, z. B. *Saturnia pavonia* (LINNAEUS 1758), darauf offenbar weniger anfällig reagieren.

Die unbefriedigende Schlupfquote der Jungraupen aus den Eiern könnte mit deren Ablösung von der Unterlage zusammenhängen. Vermutet wurde auch ein Zusammenhang mit der Feuchtigkeit bei der Lagerung, der sich aber nicht zufriedenstellend bestätigen ließ (siehe jedoch Nachtrag!). Möglicherweise aber ist die Anheftungsstelle des Eies besonders empfindlich gegenüber Austrocknung, was selbst durch feuchte Lagerung nicht kompensiert werden kann. Mechanische Schäden der Eier durch das Ablösen sind aufgrund ihrer Dickschaligkeit unwahrscheinlich. Auch ein deutlicher Zusammenhang mit der Befruchtung

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

der Eier scheint nicht zu bestehen, da oftmals eine bereits stattgefundene Embryonalentwicklung bei nicht geschlüpften Eiern festgestellt werden konnte.

Das Umherlaufen der Jungraupen nach dem Verlassen der Eihülle könnte genetisch fixiert und ökologisch sinnvoll sein; so gelangen sie in der Natur vom Ort der Eiablage an den Stämmen oder Ästen der Kiefer zu den Nadeln. Dabei streben die Tiere dem Licht entgegen (positive Phototaxis). Zwar konnte durch Dunkelstellen der Zuchtbehälter die Futteraufnahme durch die Jungraupen positiv beeinflußt werden, doch grundsätzlich blieb das Problem einer teilweise recht hohen Mortalitätsrate unter den Jungraupen bestehen. Die Wahl der gereichten Kiefernart scheint hierauf jedoch keinen Einfluß zu nehmen. Auch nach SEITZ (1913) nimmt die Raupe in der Gefangenschaft viele andere Nadelhölzer an.

Möglicherweise hat die Jungraupe nach dem Verlassen der Eihülle nicht genügend Gelegenheit, Teile derselben zu fressen und somit lebensnotwendige Substanzen für die ersten Tage aufzunehmen, wenn die Eier von der Unterlage abgelöst aufbewahrt werden. Auch könnte man vermuten, daß die Luftfeuchtigkeit in den Behältern noch nicht ausreichend war, um den Feuchtigkeitshaushalt der Jungtiere optimal zu gewährleisten. Nach FRIEDRICH (1983) sollen die Jungtiere zusätzlich mit Wasser besprüht werden. Die entstehenden Wassertropfen in den Zuchtbehältern bereiten aber nach unseren Erfahrungen Schwierigkeiten z. B. durch Schimmelbildung. Als Alternative hierzu erscheint uns die Schaffung höherer Luftfeuchtigkeit in den Behältern durch Wärmezufuhr erfolgversprechend.

Genauere Untersuchungen diesbezüglich sollten aber noch gemacht werden. Inzuchteffekte wären natürlich auch denkbar, sollten aber hier nicht Gegenstand der Diskussion sein. Zu oft werden sie allein für die aufgetretene Schwierigkeiten verantwortlich gemacht.

Literatur

ALVAREZ, J., & TEMPLADO, J. (1977): *Graellsia isabelae* [sic], ein endemischer Spinner aus Spanien. – Natur u. Museum **107** (1): 13–17.

BALCELLS, E., & DICENTA, A. (1963): Estudio biologico, morfológico y ecológico de *"Graellsia isabelae"* [sic] (GRAELLS) y una nueva cita de *"Ch. (Chrysotribax) rutilans"* DEJ. en el NE español. – Miscel. Zool., Barcelona, **1** (5): 121–140.

©Entomologischer Verein Apollo e.V. Frankfurt am Main; download unter www.zobodat.at

FRIEDRICH, E. (1975): Handbuch der Schmetterlingszucht. Europäische Arten. – Stuttgart (Frankh'sche Verlagshandlung).

—— (1983): Handbuch der Schmetterlingszucht. 2. Aufl. – Stuttgart (Frankh'sche Verlagshandlung).

MARTEN, W. (1955): Über die Lebensgeschichte von *Graellsia isabellae* (GRLS.) nebst Beschreibung einer neuen Varietät dieser Art. – Entomol. Z. **65** (13): 145–157.

ROUGEOT, P. C., & VIETTE, P. (1983): Die Nachtfalter Europas und Nordafrikas. – Keltern (Verlag E. Bauer).

SEITZ, A. (1913): Die Großschmetterlinge der Erde, Palaearktisches Faunengebiet. Band 2 Spinner und Schwärmer. – Stuttgart (A. Kernen).

WEIDEMANN, H. J. (1983): Künstliche Nachzuchtmethoden bei Tagfaltern, 5. – Entomol. Z. **93** (22): 321–332.

—— (1983): Künstliche Nachzuchtmethoden bei Tagfaltern, 6. – Entomol. Z. **93** (23): 337–349.

Anschriften der Verfasser:

Matthias SANETRA, Kettelerstraße 5, D-6056 Heusenstamm

Wolfgang PEUKER, Flughafenstraße 20, D-6000 Frankfurt am Main 71